



## Résumé

**Référence:** Demski, J.W., Reddy, D.V.R., Wongkaew, S., Xu, Z.Y., Kuhn, C.W., Cassidy, B.G., Shukla, D.D., Saleh, N., Middleton, K.J., Sreenivasulu, P., Prasada Rao, R.D.V.J., Senboku, T., Dollet, M. et McDonald, D. 1994. **Le virus de la striure de l'arachide.** Bulletin d'information n° 38. (En En. Résumés en En, Fr, Es.) Patancheru, A.P. 502-324, Inde: Institut international de recherche sur les cultures des zones tropicales semi-arides; Griffin, GA 30223, États-Unis: Programme d'appui à la recherche collaborative sur l'arachide; et Paris 75116, France: Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement. 20 pages. ISBN 92-9066-286-7. Code de commande IBF 038.

Le virus de la striure de l'arachide (peanut stripe virus ou PSIV) appartient au groupe des potyvirus. Il se transmet mécaniquement, par les pucerons (de manière non persistante) et par les graines de l'arachide (*Arachis hypogaea*). Le PSIV infecte l'arachide naturellement en Chine, en Inde, en Indonésie, en Malaisie, au Myanmar, aux Philippines, en Thaïlande, aux États-Unis et au Vietnam. Les symptômes induits chez l'arachide varient selon les isolats différents du PSIV. Aux États-Unis, le symptôme de striure est courant. Cependant, en Asie du Sud-Est, les symptômes les plus communs sont les taches vert foncé et les taches annulaires. *Chenopodium amaranticolor* est un bon hôte des lésions locales, alors que *Lupinus albus* et *Nicotiana benthamiana* sont des hôtes de propagation. Des antisérums ont été produits pour plusieurs isolats du PSIV et des tests sérologiques sont disponibles pour la détection du virus au niveau des feuilles et des graines. D'après la sérologie et le profil peptidique de la protéine de capside, le PSIV est apparenté à la mosaïque du niébé (blackeye cowpea mosaic virus). Des études sur l'organisation génomique du PSIV au niveau moléculaire ont été initiées. Les données disponibles jusqu'à maintenant laissent croire que ce virus est étroitement lié au virus de la mosaïque du soja, au virus de la mosaïque de la pastèque (watermelon mosaic virus) et au virus de la mosaïque jaune de la courgette d'Italie (zucchini yellow mosaic virus). Chacun de ces virus a en commun avec le PSIV 74% de la séquence des aminoacides. La résistance au PSIV n'a pas été identifiée dans les cultivars commerciaux de l'arachide. Les mesures de lutte contre la maladie sont examinées sur la base des informations épidémiologiques disponibles.

## Abstract

*Peanut stripe virus.* Peanut stripe virus (PSIV) is a member of the potyvirus group; it is transmitted mechanically, by aphids (nonpersistently) and through groundnut (*Arachis hypogaea*) seed. PSIV naturally infects groundnut in India, Indonesia, Malaysia, Myanmar, People's Republic of China, Philippines, Thailand, USA, and Vietnam. Different isolates of PSIV induce different symptoms in groundnut. In the USA, a striping symptom is common; however, in Southeast Asia the most common symptoms are dark green blotches and ring spots. One good local lesion host is *Chenopodium amaranticolor* and the propagation hosts are *Lupinus albus* and *Nicotiana benthamiana*. Antisera have been produced for several PSIV isolates and serological tests to detect the virus in foliage and seed are available. Based on serology and peptide profiling of the coat protein, PSIV is related to blackeye cowpea mosaic virus. Studies on the genome organization of PSIV at the molecular level have been initiated, and the information available so far suggests that it is closely related to soybean mosaic virus, watermelon mosaic virus, and zucchini yellow mosaic virus with an amino acid sequence homology of about 74%. Resistance to PSIV has not been identified in commercial cultivars of groundnut. Based on available epidemiological information, disease management strategies are discussed.

## Resumen

*Virus del estriado del maní.* El virus del estriado del maní (peanut stripe virus, PSIV) es un miembro del grupo potyvirus; se transmite mecánicamente, por áfidos (de manera no persistente) y por la semilla del maní (*Arachis hypogaea*). El PSIV infecta naturalmente el maní en China, India, Indonesia, Malasia, Myanmar, Filipinas, Tailandia, Estados Unidos y Vietnam. Distintos aislados del PSIV inducen síntomas distintos en maní. En los Estados Unidos, es común el síntoma de estriado; sin embargo, en Asia de Sudeste, los síntomas más comunes son borrones de color verde oscuro y manchas anulares. Un buen hospedero de lesión local es *Chenopodium amaranticolor* y los hospederos de propagación son *Lupinus albus* y *Nicotiana benthamiana*. Se han producido antiseros para varios aislados del PSIV y pruebas serológicas para detectar el virus en foliaje y semillas también están disponibles. A base de serología y el perfil peptídico de la proteína de la capa, el PSIV se relaciona con el virus de mosaico del judía de vaca (blackeye cowpea mosaic virus). Se han iniciado estudios sobre la organización genómica del PSIV al nivel molecular y la información hasta aquí conseguida sugiere que guarda relación con el virus de mosaico de soja (soybean mosaic virus), el virus de mosaico de sandía (watermelon mosaic virus) y el virus de mosaico amarillo zucchini (zucchini yellow mosaic virus) con una homología de secuencia de amino-ácidos de 74% aproximadamente. No se ha identificado resistencia a PSIV en cultivares comerciales del maní. Basándose en la información existente, se han discutido estrategias del manejo de la enfermedad.

**Première et troisième pages de couverture:** Séquence des nucléotides et, par déduction, des aminoacides de la protéine de capside du virus de la striure de l'arachide. (Source: Cassidy et al. 1993. Reproduit avec l'autorisation de Springer-Verlag, Autriche.)

# Le virus de la striure de l'arachide

J.W. Demski, D.V.R. Reddy, S. Wongkaew, Z.Y. Xu, C.W. Kuhn,  
B.G. Cassidy, D.D. Shukla, N. Saleh, K.J. Middleton, P. Sreenivasulu,  
R.D.V.J. Prasada Rao, T. Senboku, M. Dollet et D. McDonald

Bulletin d'information n° 38



Programme d'appui à la recherche collaborative sur l'arachide (Peanut CRSP)  
Université de Georgia, Griffin, GA 30223, Etats-Unis



Centre de coopération internationale en recherche agronomique  
pour le développement (CIRAD)  
42, rue Scheffer, 75116 Paris, France



Institut international de recherche sur les cultures  
des zones tropicales semi-arides (ICRISAT)  
Patancheru, Andhra Pradesh 502 324, Inde

1994

## Les auteurs

**J.W. Demski:** Professeur et Coordinateur de la recherche, Department of Plant Pathology, University of Georgia, Griffin, GA 30223, États-Unis.

**D.V.R. Reddy:** Chercheur principal (virologie), Crops Protection Division, ICRISAT, Patancheru, A.P. 502 324, Inde.

**S. Wongkaew:** Virologiste, Khon Kaen University, Khon Kaen, Thaïlande.

**Z.Y. Xu:** Chef, Plant Protection Division, Oil Crops Research Institute, 430062 Wuhan, Hubei, République populaire de Chine.

**C.W. Kuhn:** Professeur émérite, Department of Plant Pathology, University of Georgia, Athens, GA 30602, États-Unis.

**B.G. Cassidy:** Chercheur adjoint, Samuel Roberts Noble Foundation, P.O. Box 2180, Ardmore, OK 73402, États-Unis.

**D.D. Shukla:** Chercheur principal, Commonwealth Scientific and Industrial Research Organisation, Division of Biotechnology, Parkville, 343 Royal Parade, Melbourne, Victoria 3052, Australie.

**N. Saleh:** Virologiste, Department of Plant Pathology, Malang Research Institute for Food Crops, Malang, Indonésie.

**Feu K.J. Middleton:** Ancien phytopathologiste principal, Queensland Department of Primary Industries, Bjelke-Petersen Research Station, P.O. Box 23, Kingaroy, Queensland 4610, Australie.

**P. Sreenivasulu:** Chef, Virology Department, Sri Venkateswara University, Tirupati, A.P. 517 502, Inde.

**R.D.V.J. Prasada Rao:** Chercheur II (phytopathologiste), Plant Quarantine Regional Station, National Bureau of Plant Genetic Resources, Rajendranagar, Hyderabad, A.P. 500 030, Inde.

**T. Senboku:** National Agriculture Research Center, Tsukuba, Ibaraki 305, Japon.

**M. Dollet:** Virologiste, Laboratoire de phytovirologie des régions chaudes, Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement/Institut français de recherche scientifique pour le développement en coopération, BP 5035, 34032 Montpellier Cedex 01, Montpellier, France

**D. McDonald:** Directeur, Crops Protection Division, ICRISAT, Patancheru, A.P. 502 324, Inde.

## Remerciements

La contribution financière du Peanut CRSP a été versée par l'intermédiaire de l'Agence des États-Unis pour le développement international (division de l'agriculture, bureau de la recherche-développement) dans le cadre de la subvention n° DAN-4048-G-00-0041-00.

Nous désirons remercier tout particulièrement M. Dollet qui a bien voulu traduire en français cet ouvrage.

Les appellations employées dans cette publication et la présentation des données qui y figurent n'impliquent, de la part de l'ICRISAT, du Peanut CRSP et du CIRAD, aucune prise de position quant au statut juridique des pays, territoires, villes ou zones, ou de leurs autorités, ni quant au tracé de leurs frontières ou limites. La mention de spécialités commerciales ne signifie ni préférence, ni discrimination de la part de l'ICRISAT, du Peanut CRSP et du CIRAD à l'égard de certains produits.

Copyright © 1994 par International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics (ICRISAT).

Tous droits réservés. À l'exception des citations de passages courts dans un but de critique ou de revue, aucune partie de cette publication ne peut être reproduite, mise en mémoire dans un système de recherche bibliographique, ni transmise, sous quelque forme ou par quelque procédé que ce soit (électronique, mécanique, par photocopie, enregistrement, ou autre), sans autorisation préalable de l'ICRISAT. On espère que cette déclaration du Copyright ne diminuera pas l'utilisation sérieuse, dans le cadre de la recherche et du développement agricole dans ou pour les régions tropicales, des résultats obtenus par l'Institut.

# Table des matières

<b>Introduction</b>	1
<b>Distribution</b>	1
<b>Symptômes</b>	1
<b>Virus causal</b>	2
<b>Purification du virus et production d'antisérum</b>	2
Procédure de purification	2
Production d'antisérum	3
<b>Diagnostic de la maladie</b>	3
Hôtes pour le diagnostic	3
Spectre de plantes hôtes	3
Sérologie	4
Transmission	4
Inclusions	4
Particules virales	5
Profil peptidique de la protéine de capsid	5
<b>Organisation génomique du PSTV</b>	8
<b>Cycle de la maladie</b>	8
<b>Lutte contre la maladie</b>	9
Résistance	9
Semences indemnes de virus	9
Pratiques culturales	9
Lutte contre les vecteurs	10
Autres méthodes de lutte	10
<b>Création de plantes transgéniques par incorporation d'un gène du PSTV</b>	10
<b>Conclusion</b>	11
<b>Références</b>	11
<b>Bibliographie complémentaire</b>	13

## Introduction

Des affections virales ont été signalées à maintes reprises sur l'arachide (*Arachis hypogaea* L.) dans différents pays. Parmi les virus en cause, plusieurs appartiennent au groupe des potyvirus. Se caractérisant par des particules de 680 à 900 nm de long, ils sont transmis de manière non persistante par des pucerons et induisent chez l'hôte des inclusions en forme de roue à aubes cylindrique. Les polypeptides de la protéine de capsid de ces virus varient de 30 000 à 34 000 daltons, et leur acide nucléique est constitué par un ARN monocaténaire (mc) variant de 3,0 à 3,3 millions de daltons. Les potyvirus ont généralement un rapport d'absorption en ultraviolet (260/280 nm) de l'ordre de 1,14 à 1,25.

Xu et al. (1983) ont observé, dans la province de Hubei en République populaire de Chine, une infection de l'arachide par un potyvirus dénommé 'virus induisant une marbrure légère' (*virus producing mild mottle*, VPMM). Demski et al. (1984) ont signalé aux États-Unis un potyvirus qui a reçu l'appellation de 'virus de la striure de l'arachide' (*peanut stripe virus*, PSIV). Ce dernier provenait de semences d'arachide importées de Chine. Des tests ont démontré que le VPMM et le PSIV avaient un spectre de plantes hôtes similaire, qu'ils ne pouvaient être distingués par voie sérologique et que leur transmission chez l'arachide se faisait par les semences. Il semblerait donc qu'il s'agisse d'isolats d'un seul virus.

L'affection virale causée par le PSIV représente une sérieuse menace pour la production arachidière. Aussi une réunion de coordination de la recherche sur le virus de la striure de l'arachide a-t-elle été organisée par l'Institut international de recherche sur les cultures des zones tropicales semi-arides (ICRISAT) et le Programme d'appui à la recherche collaborative sur l'arachide (Peanut CRSP), financé par l'Agence des États-Unis pour le développement international (USAID). Lors de cette réunion, qui a eu lieu en juin 1987 à l'Institut de recherche sur les cultures vivrières de Malang (MARIF), en Indonésie, il a été recommandé que soit publié un bulletin d'information sur l'identification du virus et les méthodes de lutte.

## Distribution

Après l'identification du PSIV comme un virus distinct au début des années 80, des études ultérieures dans des zones arachidières (Xu 1987; D.V.R. Reddy et J.W. Demski, non publié) ont mis en évidence la présence endémique de ce virus en Asie de l'Est et du Sud-Est. Dans une publication de Thaïlande (Choopanya 1973), il était déjà fait mention d'un virus qui pourrait être un isolat du PSIV. De même, Ting et al. (1972) ont présenté des données sur un virus de la mosaïque de l'arachide présent en Malaisie, qui ressemble fort au PSIV. Ces virus avaient été antérieurement assimilés au virus de la marbrure de l'arachide (*peanut mottle virus*, PMV).

Le PSIV a un large spectre de distribution dans toutes les zones arachidières de la Chine, mais il est particulièrement présent dans les provinces septentrionales de Shandong, Hubei, Henan, Liaoning, Jiangsu et Anhui, qui fournissent approximativement 67% du total de la production arachidière nationale (Xu 1988). Aux États-Unis, le PSIV a été signalé pour la première fois par Demski et al. (1984), mais l'analyse sérologique de semences de récoltes d'années antérieures a démontré qu'il était présent dans ce pays dès 1979. Détecté en Inde en 1987 (Prasada Rao et al. 1989), le virus est largement disséminé dans l'État du Gujarat. Il se manifeste dans toutes les régions productrices d'arachide d'Indonésie, de Malaisie, de Myanmar, des Philippines, de Thaïlande et du Vietnam. Il a également été observé au Japon et au Sénégal.

## Symptômes

La maladie a reçu l'appellation de striure de l'arachide en raison des stries et du liseré vert des nervures latérales (Demski et al. 1984) qui sont ses symptômes caractéristiques sur les plants d'arachide infectés aux États-Unis (Figure 1). Ultérieurement, les recherches menées sur le PSIV en différentes régions du monde ont révélé l'existence de souches spécifiques du virus induisant des symptômes distincts sur l'arachide. L'isolat

de la striure produit des stries discontinues le long des nervures latérales des jeunes plantes quadrifoliées. Les folioles plus âgées exhibent des stries et une mosaïque en forme d'îlots verts à l'aspect de feuilles de chêne (Figure 2).

Avec la plupart des autres isolats du PSTV, les symptômes initiaux sont des taches chlorotiques (Figure 3). Puis apparaissent une légère marbrure, des taches ou une marbrure annulaire chlorotique (Figure 4). Il a été signalé que certains isolats induisent une nécrose foliaire (Wongkaew et Dollet 1990).

Le PSTV diffère du PMV par le fait que la striure persiste sur les folioles anciennes. En outre, dans le cas des isolats asiatiques, les plants infectés précocement sont rabougris.

## Virus causal

Le virus de la striure de l'arachide fait partie du groupe des potyvirus. Il consiste en bâtonnets filamenteux flexueux mesurant approximativement 752 nm de long et 12 nm de diamètre (Figure 5), qui ont un coefficient de sédimentation de 150 S et une densité de 1,31 g cm<sup>-3</sup> en flottation dans du chlorure de césium. Chaque particule consiste en une seule espèce de protéine de 33 500 daltons. Le génome est une molécule d'ARN monocaténaire (mc) de sens positif se composant d'environ 9500 nucléotides.

## Purification du virus et production d'antisérum

Il est difficile de purifier le PSTV à partir de folioles d'arachide. Le lupin (*Lupinus albus*), plante adaptée aux régions tempérées, constitue l'hôte le plus approprié pour la purification. Si l'on ne peut se procurer de semences de lupin ou les faire pousser en serre dans les pays tropicaux, l'on utilisera des feuilles infectées de haricot (*Phaseolus vulgaris*), de soja (*Glycine max*, cv Yelredo ou Bragg ou tout autre cultivar sensible) ou de *Nicotiana benthamiana*.

## Procédure de purification

Le protocole décrit ci-après a été élaboré par Demski et al. (1984).

1. Choisir des feuilles de lupin présentant des symptômes de mosaïque typiques. Avec un autre hôte, il est préférable d'utiliser des feuilles exhibant des symptômes initiaux.
2. Broyer les feuilles infectées en tampon Tris-HCl froid de molarité 0,1 M (pH 8,0), contenant du sulfite de sodium (Na<sub>2</sub>SO<sub>3</sub>) 0,02 M et de l'acide éthylènediamine-tétracétique disodique 0,05 M. Utiliser 3,0 ml. de tampon pour chaque gramme de tissu.
3. Filtrer sur une double épaisseur de mousseline.
4. Ajouter au produit filtré du chloroforme froid dans une proportion de 10% (V/V) et émulsionner pendant 3-5 minutes.
5. Centrifuger à 4000 × g pendant 10 minutes à 5° C.
6. Recueillir la phase aqueuse (couche supérieure clarifiée).
7. Ajouter du chlorure de sodium (NaCl) à la phase aqueuse pour amener à 0,2 M, et du polyéthylène glycol (PEG, poids moléculaire 6000-8000) dans une proportion de 4%. Mélanger à 4-6° C jusqu'à ce que le NaCl et le PEG soient dissous, puis laisser reposer à 4-6° C pendant au moins 90 minutes.
8. Recueillir le précipité en centrifugeant à 8000 × g pendant 10 minutes à 5° C.
9. Remettre le précipité en suspension en tampon borate-phosphate 0,05 M (pH 8,3) froid contenant de l'urée 0,2 M (BPU).
10. Centrifuger à 4000 × g pendant 10 minutes à 5° C.
11. Placer le surnageant (25 ml.) sur une colonne de 13 ml. à 30% de saccharose (dans les tubes d'un rotor Beckman® SW 28) préparée dans du BPU contenant 4% de PEG et du NaCl 0,2 M. Centrifuger à 24 000 tours/min pendant 2 h à 5° C.
12. Remettre le culot en suspension dans du BPU et centrifuger à 4000 × g pendant 10 minutes à 5° C.
13. Préparer des colonnes de gradient de densité de 6, 9, 9 et 9 ml. ayant respectivement une concentration de 10, 20, 30 et 40% de saccharose, dans du BPU, dans les tubes d'un rotor Beckman® SW 28. Laisser reposer les tubes jusqu'au lendemain à 4-6° C.
14. Placer 8 ml. de suspension virale de l'étape 11 du protocole sur chaque gradient de saccharose et centrifuger à 24 000 tours/min pendant 2 h à 5° C.

15. Recueillir la zone virale (située à 56–60 mm de hauteur par rapport au fond du tube). *Il s'avérera peut-être nécessaire d'effectuer un autre cycle de centrifugation en gradient de saccharose si la préparation contient des composantes de l'hôte.*
16. Diluer la zone virale dans un tampon phosphate 0,01 M (pH 7,0) contenant du NaCl à 0,85% (PBS) et centrifuger dans un rotor Beckman\* R 40 à 30 000 tours/min pendant 2 h de manière à sédimenter le virus.
17. Mettre le culot en suspension dans du PBS (pH 7,2) et estimer la concentration du virus par spectrophotométrie en supposant un coefficient d'extinction de 3,0 ( $E_{0,1\%}^{0,1\text{cm}} = 3,0$ ).

## Production d'antisérum

Mettre en suspension 1,0 mg du virus purifié dans 1,0 mL de PBS (pH 7,0) contenant du NaCl à 0,85%, avec 1,0 mL d'adjuvant incomplet de Freund. Produire une émulsion épaisse en aspirant et en éjectant la suspension avec force à plusieurs reprises à l'aide d'une seringue. Injecter l'émulsion par voie intramusculaire dans la patte arrière d'un lapin (néozélandais blanc consanguin), de préférence en trois points différents, en utilisant approximativement 0,3 mL à chaque point.

Effectuer au moins quatre injections à intervalles d'une semaine, plus une cinquième si le titre de l'anticorps est faible. Saigner le lapin deux semaines après la dernière injection. Si le titre est élevé (le test de l'anneau de précipitation à l'interface indiquant plus de 1/600), l'on peut saigner le lapin 6–8 fois à intervalles d'une semaine. Chaque saignée produit normalement 10–15 mL de sérum. Lyophiliser le sérum par petites quantités (0,5–1,0 mL) et le conserver à  $-70^{\circ}\text{C}$ .

## Diagnostic de la maladie

### Hôtes pour le diagnostic

Plusieurs potyvirus affectent l'arachide. Afin de diagnostiquer correctement la maladie, il importe donc de n'utiliser que les hôtes pouvant différencier le PSTV. Le PMV se présente souvent en infection

Hôte	Virus de la striure de l'arachide	Virus de la marbrure de l'arachide
<i>Chenopodium amaranticolor</i>	Lésions chlorotiques ou nécrotiques	Pas d'infection avec la majorité des isolats
Haricot ( <i>Phaseolus vulgaris</i> ) cv Topcrop	Pas d'infection	Lésions locales brun rougeâtre
Pois ( <i>Pisum sativum</i> )	Pas d'infection	Mosaïque systémique

mixte avec le PSTV. Ci-après sont indiqués les hôtes pouvant servir à distinguer entre les deux virus.

Le PSTV se transmet aisément par voie mécanique, à partir d'extraits préparés en tampon phosphate 0,05 M (pH 7,0) contenant du  $\text{Na}_2\text{SO}_3$  0,01 M ou du thioglycérol à 0,2%.

### Spectre de plantes hôtes

Les plantes naturellement sensibles en champ sont *Centrosema pubescens*, *C. macrocarpum*, *Calopogonium caeruleum*, *Crotalaria striata*, *Desmodium siliquosum* et *Pueraria phaseoloides* (Wongkaew et Kartrong 1987). Aux États-Unis, le PSTV a été détecté chez *Desmodium* sp et *Indigofera* sp (Demski et Reddy 1988). L'on se sert communément de l'arachide pour la maintenance des cultures virales. *Chenopodium amaranticolor* et *C. quinoa* sont de bons hôtes pour les lésions locales. Des essais en serre ont montré que le PSTV a un spectre relativement large de plantes hôtes. Les plantes suivantes ont été infectées systématiquement par le PSTV après inoculation mécanique: *Astragalus sinicus*, *Cassia occidentalis*, *C. obtusifolia*, *Glycine max*, *Nicotiana clevelandii*, *Sesamum indicum*, *Trifolium incarnatum* et *Trigonella foenum-graecum*.

Les plantes tests ci-après, fréquemment utilisées pour les diagnostics, n'ont pas été infectées par le PSTV: *Beta vulgaris*, *Brassica chinensis*, *Capsicum annuum*, *Crotalaria juncea*, *Cucumis sativus*, *Datura stramonium*, *Lablab purpureus*, *Hibiscus sabdariffa*, *Lycopersicon esculentum*, *Pisum sativum*, *Sesbania cannabina*, *Melilotus albus*, *Medicago sativa*, *Nicandra*

*physalodes*, *Nicotiana rustica*, *N. glutinosa*, *N. tabacum* (cv Xanthi), *Oscimum basilicum*, *Petunia angularis*, *P. hybrida*, *Phaseolus vulgaris* (cv Royal Red, Topcrop et Tamata), *P. mungo*, *P. limensis*, *P. lunatus*, *Physalis floridana*, *Spinacia oleracea*, *Trifolium hybridum*, *T. repens*, *T. pratense*, *Vicia faba*, *V. cracca*, *Vigna unguiculata* subsp *sesquipedalis* (cv Hongzuiyan et Baitiaoxian), *V. sativa* et *Zinnia elegans*.

## Sérologie

Le PSTV peut être détecté par test immunoenzymatique ELISA, selon les procédures standardisées de l'ICRISAT et de l'Université de Georgia (Reddy et al. 1991).

Tous les isolats du PSTV précédemment testés ont eu des réactions sérologiques croisées similaires avec un certain nombre d'antisérums de polyvirus. Dans les tests ELISA (les deux méthodes anticorps double sandwich et fixation directe de l'antigène sur la plaque de titration), tous les isolats du PSTV ont eu une réaction croisée avec les antisérums du virus de la mosaïque du niébé (*blackeye cowpea mosaic virus*, BICMV), du virus de la mosaïque du soja (*soybean mosaic virus*, SMV), du virus des nervures jaunes du trèfle (*clover yellow vein virus*, CYVV) et du virus de la mosaïque du haricot adzuki (*adzuki bean mosaic virus*, AzMV). Bien que le virus de la mosaïque verte de l'arachide (*peanut green mosaic virus*, PGMV) réagisse également fortement aux antisérums du BICMV, du SMV et de l'AzMV, il ne réagit pas à celui du CYVV (Sreenivasulu et Demski, sous presse). Etant donné que le PGMV semble restreint à quelques sites en Inde, il est peu probable qu'il se présente en infections mixtes avec le PSTV. Aucun des isolats du PSTV testés à ce jour n'a exhibé de réaction croisée avec des antisérums de PMV de diverses sources.

## Transmission

Le PSTV est transmis de manière non persistante par des pucerons (Demski et al. 1984; Camat 1985; Fukumoto et al. 1986). Sur parcelle de culture, il s'agit là sans doute de la seule voie de propagation de la maladie à partir de la source primaire. Des essais ont

été effectués sur *Aphis craccivora*, *A. gossypii* et *Myzus persicae* afin de déterminer leur efficacité en tant que vecteurs. Avec 10 pucerons virulifères par plante test et une période d'acquisition de 1-2 h, il s'est avéré que *A. craccivora* transmettait le virus à une fréquence de 90-100% et *A. gossypii* à une fréquence de 33% (Camat 1985). Les variants du PSTV induisant des symptômes différents pourraient avoir des fréquences différentes de transmission par les pucerons. Avec deux *A. craccivora* par plant (100 plants par variant) et des périodes d'acquisition et d'inoculation de 2 minutes chaque, le variant induisant une marbrure légère était transmis au cv Tainan 9 à une fréquence de 10%, tandis que les variants induisant des taches annulaires et des taches vertes avaient respectivement une fréquence de 7% et 3% (S. Wongkaew, non publié).

Quant à la transmission par les semences d'arachide, elle peut atteindre 37% si les plants d'origine sont infectés artificiellement à un stade précoce (Demski et Lovell 1985). En revanche, les semences de plants infectés naturellement présentent une plus faible fréquence de transmission par les semences (0-7%), et cette fréquence varie fortement d'un plant à un autre. Sur la plupart des cultivars testés, l'on a enregistré moins de 4% de transmission par les semences (Xu et al. 1983; Demski et Reddy 1988; S. Wongkaew, non publié). La fréquence de transmission par les semences subit probablement l'influence des conditions environnementales, de l'isolat du virus et du cultivar d'arachide utilisé.

Le virus peut être détecté aussi bien dans l'hypocotyle que dans le cotylédon. Une technique permettant de détecter le PSTV dans des semences individuelles sans affecter leur germination a été mise au point (Demski et Warwick 1986). Avec le test ELISA, il est possible de déceler une seule semence infectée par le PSTV au sein d'un groupe de 25 échantillons indemnes. L'on a également recours à la technique de l'hybridation sur membrane de nitrocellulose pour détecter le PSTV chez les semences. Cette technique est d'une sensibilité environ dix fois supérieure à celle du test ELISA (Bijaisoradat et Kuhn 1988). En outre, elle permet de différencier entre le PSTV et le PMV chez les semences d'arachide.

## Inclusions

L'on peut employer la méthode décrite par Christie (1967) pour observer les inclusions virales au

microscope optique. Il est possible, à cette fin, d'utiliser la couche épidermique de l'un ou l'autre côté de la feuille, mais la partie abaxiale est préférable. L'on détache la couche épidermique, que l'on l'immerge dans une solution de Triton® X-100 2,5% pendant 2–3 minutes pour éliminer les chloroplastes. Puis on la transfère dans de l'eau distillée pour rincer le Triton® X-100. On laisse le tissu flotter sur l'eau durant 1–2 minutes, avant de le monter dans du bleu de toluidine 0,05% en tampon phosphate de potassium 0,05 M (pH 7,0). Les inclusions induites par les isolats de la striure, des taches et de la marbrure légère du PSTV sont similaires (Figure 6).

Avec les coupes ultrafines, l'on fixe un petit morceau de feuille infectée dans du glutaraldéhyde 2% en tampon phosphate de sodium 0,1 M (pH 7,0) pendant 30 minutes, puis l'on fait une post-fixation dans du tétraoxyde d'osmium 1% avec le même tampon. Les échantillons peuvent être déshydratés dans un gradient d'éthanol et inclus dans la résine de Spurr. L'on fait une coloration à l'acétate d'uranyle et au citrate de plomb pour l'examen au microscope électronique. Dans les coupes ultrafines de feuilles d'arachide malades, l'on observe, dans le cytoplasme des cellules infectées, des inclusions en forme de roue à aubes cylindrique et en faisceau, typiques des potyvirus.

## Particules virales

L'on peut examiner les particules virales au microscope électronique en utilisant les techniques de coloration négative sur goutte de jus brut de plante ('leaf dip') ou une préparation de virus purifié. Dans le cas d'un 'leaf dip', l'on broie un petit morceau de feuille infectée dans 2–3 gouttes de phosphotungstate 2% (pH 6,5) et l'on monte l'extrait sur une grille porte-objet recouverte de Formvar® stabilisé au carbone. Le virus purifié est mélangé à un volume égal de phosphotungstate de potassium 4% (pH 6,5), et une goutte de ce mélange est placée sur une grille porte-objet recouverte de Formvar® stabilisé au carbone. L'on peut aussi colorer les particules à l'acétate d'uranyle 2%. Les deux méthodes mettent en évidence des particules filamenteuses flexueuses, mesurant généralement 12 nm de large et 752 nm de long (Figure 5).

## Profil peptidique de la protéine de capsid

Il a été récemment démontré que la détermination des profils peptidiques de digestats de protéines de capsides de potyvirus par chromatographie liquide de haute performance constitue une méthode particulièrement efficace pour différencier les potyvirus et leurs souches (Shukla et al. 1988). Cette technique, qui rend compte des identités entre les séquences d'acides aminés des protéines de capsides des potyvirus, facilite la classification des souches de potyvirus en différents sous-groupes (Ward et Shukla 1991). Elle a permis de mettre en évidence que les isolats de potyvirus induisant des symptômes différents chez l'arachide—taches, striure, marbrure légère et nécrose—sont des souches du PSTV (Kittipakorn et al., sous presse). L'AzMV, le BCMV, le PSTV et trois isolats de potyvirus du soja de Taiwan ressemblent (par leurs profils peptidiques) au séro-groupe 'B' du virus de la mosaïque commune du haricot (*bean common mosaic virus*, BCMV) (McKern et al. 1991, 1992a, 1992b). Une comparaison entre les séquences des acides aminés de la protéine de capsid d'isolats du PSTV produisant des symptômes de striure et celles d'une souche de BCMV (BCMV-NL<sub>4</sub>-séro-groupe B) a confirmé les résultats ci-dessus. Ces deux virus exhibent une identité d'environ 90% dans la séquence de leur protéine de capsid (McKern et al. 1992b), ce qui correspond au niveau d'homologie généralement observé entre les souches d'un même potyvirus (Ward et Shukla 1991). Il a été proposé d'étendre l'appellation de 'virus de la mosaïque commune du haricot' (BCMV) à l'AzMV, au BCMV, au PSTV et aux isolats PM, PN et 74 du potyvirus du soja, puisque le BCMV a été identifié antérieurement à ces virus (McKern et al. 1992b). Cependant, il ne nous semble pas souhaitable à ce stade, sur le fondement de cette seule information, d'inclure le PSTV dans les souches du BCMV. Bien qu'il ait été démontré que deux isolats du BCMV du soja de Taiwan infectent l'arachide, il existe des différences significatives dans le spectre des plantes hôtes du BCMV et celui du PSTV. En outre, la morphologie des inclusions cytoplasmiques du PSTV (actuellement classé dans la sous-catégorie IV) diffère de celle des inclusions du BCMV (classé dans la sous-catégorie II). Par conséquent, il convient de continuer à considérer le PSTV comme un potyvirus distinct jusqu'à ce que

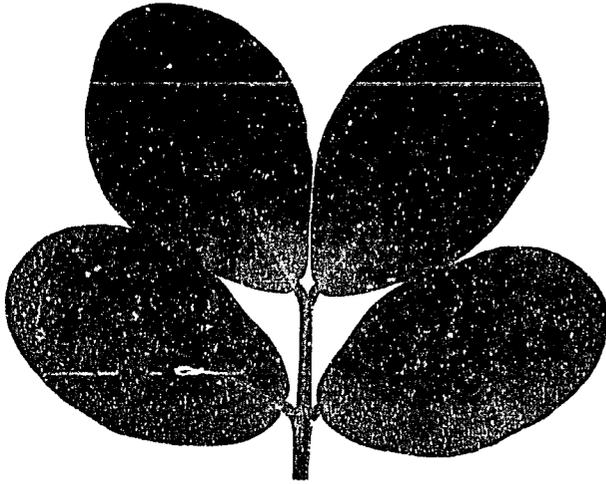


Figure 1. Symptômes de striure et de liseré vert des nervures latérales sur des folioles d'arachide.

Figure 2. Folioles d'arachide plus anciennes, exhibant des stries et une mosaïque en forme d'îlots verts ayant l'aspect de feuilles de chêne.

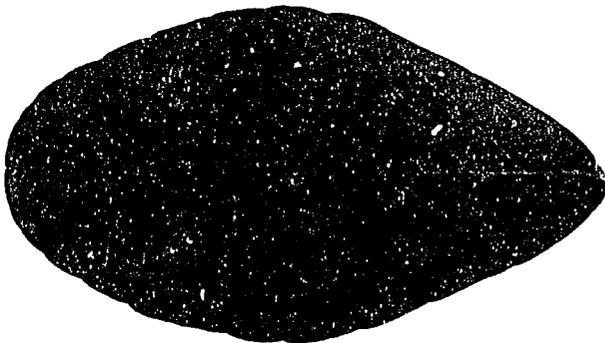
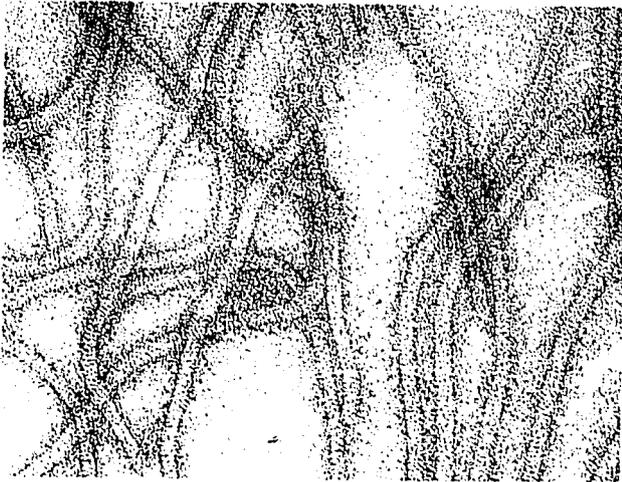
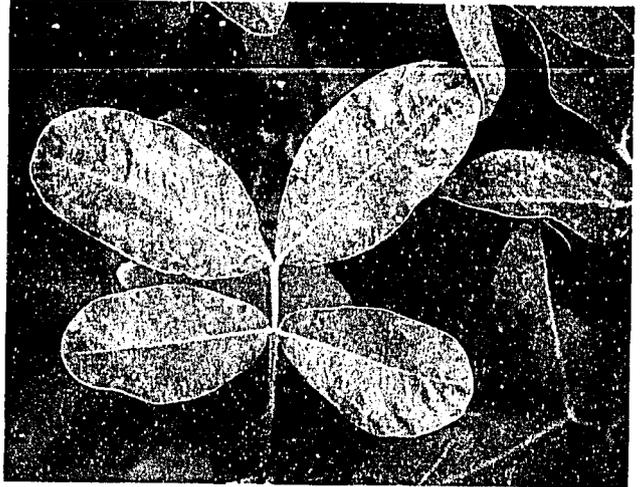
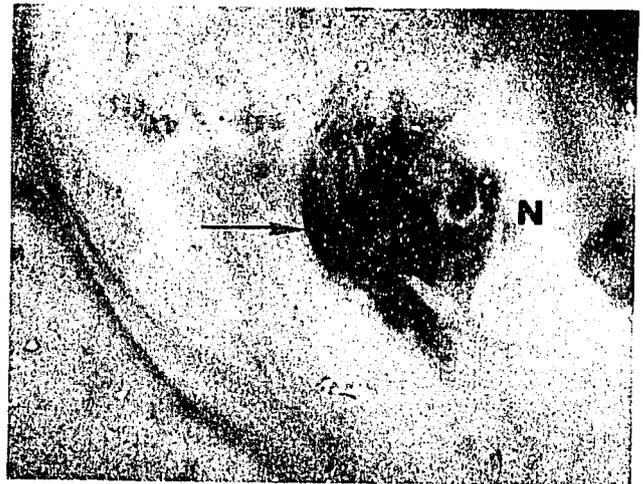


Figure 3. Taches chlorotiques sur une foliole d'arachide.

**Figure 4. Marbrure avec anneaux chlorotiques sur des folioles d'arachide.**



**Figure 5. Photo obtenue par microscopie électronique d'une préparation purifiée du virus de la striure de l'arachide ( $\times 257\ 000$ ).**



**Figure 6. Inclusion de sous-catégorie IV (flèche) adjacente au noyau (N), dans une foliole d'arachide infectée par le PStV ( $\times 1940$ ) (cliché: R. Christie, Université de Florida, Etats-Unis).**

l'on dispose de données supplémentaires sur ses propriétés biologiques et moléculaires.

## Organisation génomique du PSTV

Chez les potyvirus en général, l'ARN génomique code pour une grande polyprotéine précurseur qui est ensuite transformée en neuf protéines matures par plusieurs protéinases codées par le virus (Riechmann et al. 1992). Le génome du PSTV code lui aussi pour une grande polyprotéine précurseur. La séquence des nucléotides d'un isolat du PSTV produisant des symptômes de taches (reçu de J.W. Demski) est en cours de détermination (B.G. Cassidy et U.B. Gunasinghe, non publié). D'après les informations obtenues à ce jour sur cette séquence, l'ordre des protéines matures prédit au sein de cet ARN d'approximativement 9,5 kb est le même que celui des autres potyvirus clonés et séquencés (Riechman et al. 1992). L'organisation génomique du PSTV est représentée à la Figure 7.

Le génome de ce potyvirus comprend un ARN monopartite de 9,5 kb, qui porte une protéine liée de façon covalente à l'extrémité 5' (VPg) et une queue poly-A à l'extrémité 3'. Il a été établi que la protéine de l'extrémité N (P1) possède une activité de protéinase par automaturation (Verchot et al. 1991) et il a été suggéré qu'elle intervient dans le mouvement du virus de cellule en cellule (Domier et al. 1987). La protéase du facteur assistant a une activité de protéinase par automaturation à son extrémité carboxyle, et le facteur assistant joue un rôle essentiel dans la transmissibilité du virus par les pucerons. L'on suppose que les P3 (protéine d'inclusion cylindrique et protéine 6K) interviennent dans la régula-

tion de la maturation par les protéinases et de la réplication. La *protéine a* de l'inclusion nucléaire comporte deux domaines fonctionnels. La moitié carboxyle code pour une protéinase responsable de la majorité des processus de maturation de la polyprotéine par les protéinases (Parks et Dougherty 1991). La moitié terminale amine code pour la protéine VPg. La *protéine b* de l'inclusion nucléaire semble être l'ARN polymérase dépendante de l'ARN viral, car elle présente un degré élevé d'identité avec les autres répliques et contient le fragment fortement conservé GXXXIXXXN (X)<sub>20-40</sub> GDD que l'on trouve chez la plupart des ARN polymérases dépendantes d'ARN que l'on connaît (Kamer et Argos 1984). La protéine de capsid (CP), codée par l'extrémité 3' de l'ARN génomique *c*, est responsable structurellement de l'encapsidation du génome de l'ARN viral du PSTV (Cassidy et al. 1993).

Il reste encore à déterminer la séquence de la totalité du génome du PSTV. Les données obtenues à ce jour indiquent que le PSTV est fortement apparenté au SMV, au virus de la mosaïque de la pastèque et au virus de la mosaïque jaune de la courgette d'Italie. Chacun de ces virus a en commun avec le PSTV 74% de la séquence des aminoacides.

## Cycle de la maladie

Il apparaît que la source de l'inoculum primaire du PSTV est constituée par des semences d'arachide infectées et que la propagation se fait ensuite par des pucerons vecteurs. Plusieurs adventices hôtes de Thaïlande ont donné une réaction sérologique positive à l'antisérum du PSTV,

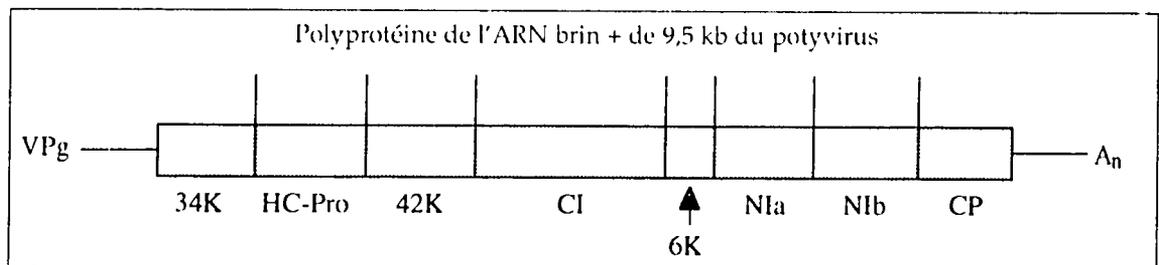


Figure 7. Organisation génomique du virus de la striure de l'arachide.

mais l'on ignore si elles jouent un rôle dans la transmission du virus. Aux Etats-Unis, sur parcelle expérimentale, il y a eu une incidence élevée du PSTV sur l'arachide (plus de 50%) pendant deux années consécutives. La troisième année, l'on a semé des semences d'arachide indemnes de virus sur la même parcelle, et la récolte a été indemne de virus tout au long de l'année. Cela conduit à penser que la présence du PSTV chez l'arachide n'entraîne pas nécessairement l'établissement du virus chez les adventices hôtes.

Des études ont montré que la distance de propagation du PSTV à partir d'une source virale est relativement courte. Aux Etats-Unis, le PSTV n'a pas infecté des plants d'arachide sains qui étaient isolés de plants d'arachide infectés par une bande de terrain non cultivée de 83 m. Toujours aux Etats-Unis, l'on n'a enregistré aucune infection virale dans cinq champs d'arachide situés à 100 m d'une source de PSTV. En 1985, à Wuhan en Chine, des semences indemnes de virus ont été plantées sur des exploitations commerciales et sur d'autres parcelles situées à 100 m et à 200 m des premières. La presque totalité (97%) des plants issus de semences indemnes de virus a été infectée sur les exploitations commerciales, tandis que 15% seulement l'ont été sur les parcelles situées à 100 m de distance et qu'aucune infection n'a été observée à 200 m de distance. Des résultats similaires ont été obtenus à Xuchou en Chine, où l'on a planté des semences indemnes de virus sur des exploitations commerciales et sur des parcelles localisées à 50 m de distance.

## Lutte contre la maladie

### Résistance

L'utilisation de cultivars résistants devrait constituer en principe la méthode la plus fiable de gestion du PSTV. Cependant, l'on n'a pas encore identifié de variétés dotées de résistance au virus. Dans une étude effectuée aux Etats-Unis, 20 cultivars d'arachide de culture courante dans le pays et 224 introductions ont été infectés par le PSTV (Demski et Reddy 1988). En Indonésie, l'on a évalué environ 10 000 entrées de la banque de matériel génétique d'arachide de l'ICRISAT afin de déterminer leur résis-

tance au PSTV. Chez toutes les entrées, des plants ont exprimé des symptômes, mais quelques lignées n'ont exhibé que de légers symptômes. Dans certains cas, les symptômes ne sont apparus que tard dans la saison (Saleh et al. 1989). En Thaïlande, des génotypes tolérant le PMV ou ayant une faible fréquence de transmission du PMV par les semences ont été sévèrement affectés par le PSTV (Wongkaew et al. 1988). Une autre approche consisterait à créer des cultivars d'arachide ayant une fréquence très faible ou nulle de transmission par les semences. Cette méthode de lutte permettrait de réduire à la fois les sources d'inoculum primaire et la propagation secondaire du PSTV par les pucerons vecteurs.

### Semences indemnes de virus

Dans les régions où le PSTV est établi, les récoltes d'arachide présentent souvent une forte incidence du virus et ont donc toutes les chances de fournir des semences en partie infectées. Un taux de transmission de 2-5% par les semences suffit à entraîner une épidémie (Demski et Reddy 1988). Les agriculteurs ayant pour usage de planter des semences de la récolte précédente, l'incidence du PSTV est élevée en raison de l'omniprésence des pucerons vecteurs. Par conséquent, il convient de déployer un maximum d'efforts pour produire et distribuer des semences indemnes de virus.

Des essais menés en Thaïlande et en Chine ont montré que certains génotypes d'arachide ont des fréquences de transmission par les semences inférieures à 1%, alors que chez d'autres la fréquence est supérieure à 10%. Il faut donc en priorité cribler le matériel génétique pour la résistance à la transmission du PSTV par les semences. L'on a parfois établi une corrélation entre la fréquence de transmission du PSTV par les semences et la dimension de celles-ci, les plus petites se caractérisant par des fréquences plus élevées. Ainsi, la sélection de semences de grande dimension pour le semis devrait permettre de réduire la source d'inoculum primaire et, partant, l'incidence de la maladie.

### Pratiques culturales

Etant donné que les plants infectés constituent une source d'inoculum à partir de laquelle se fait

la propagation du PSTV, l'épuration de ces plants devrait permettre de réduire l'incidence du virus. Malheureusement, cette méthode n'est pas efficace pour combattre les maladies induites par des potyvirus (Demski et al. 1984). Au moment où des symptômes s'expriment et où l'infection de PSTV est décelée sur des plants, les pucerons ont généralement déjà transmis le virus à d'autres plants. En outre, l'épuration n'est guère praticable sur de vastes superficies de culture.

La date du semis, l'isolement spatial, la rotation des cultures, l'espacement des plants et l'application d'un paillis réfléchissant exercent sans doute une influence sur la diffusion du PSTV, et des recherches plus approfondies devront être effectuées pour déterminer les effets de ces pratiques culturales sur l'incidence du virus et leurs possibilités d'application.

### Lutte contre les vecteurs

Le PSTV est transmis de manière non persistante par *Aphis craccivora*, *A. gossypii*, *Myzus persicae*, et probablement aussi par beaucoup d'autres espèces de pucerons. Il est possible d'appliquer des pesticides pour réduire les populations de vecteurs. Cependant, de faibles densités de population, qui ne portent pas directement préjudice aux cultures, peuvent encore efficacement propager la maladie. C'est le cas, en particulier, avec les virus à transmission non persistante, qui sont diffusés par des pucerons non colonisateurs faisant des essais sur des plants dans la recherche d'une plante hôte qui leur convienne. Les insecticides ne tuent généralement pas suffisamment vite les pucerons ou ne réduisent pas suffisamment leurs populations pour empêcher la propagation du virus dans les champs. Les tentatives faites pour combattre le PSTV par l'application d'une émulsion à 10%, ou d'oxydéméton-méthyl (Métasystox\*), ou par l'alternance d'une émulsion avec du Métasystox\* ou du carbamate pyrimidine (aphicide systémique), se sont soldées par un échec, et il semble même qu'il en soit résulté un accroissement du taux de diffusion du virus (Wongkaew et al. 1988).

### Autres méthodes de lutte

Les centres de quarantaine des plantes doivent se doter de l'expertise et des équipements requis

pour détecter le PSTV dans le matériel de plantation, et notamment dans les semences. L'adoption de procédures de quarantaine et d'inspection pour prévenir la diffusion du PSTV dans les pays ou aires géographiques qui en sont encore indemnes est indispensable. Il pourrait s'avérer nécessaire de limiter les exportations de semences d'arachide en provenance de zones où le virus est prévalent. Même les mouvements de semences infectées au sein d'un État ou d'un pays sont importants. Dans le sud de la Chine, les paysans préfèrent planter des cultivars d'arachide de type spanish distribués par les instituts de recherche ou services de vulgarisation locaux, plutôt que le type virginia normalement cultivé dans le nord du pays où le PSTV est prévalent. Des mesures de quarantaine strictes sont à recommander, surtout dans les pays où l'on sait que le PSTV est localisé dans des zones bien précises. Ces mesures sont les suivantes:

- ne pas distribuer de semences provenant de zones infectées par le PSTV;
- tester les lots de semences destinés à des essais (matériel génétique, semences de prébase, etc.) par la méthode ELISA non destructive avant de les distribuer dans des zones non infectées;
- ne planter que des semences indemnes de PSTV dans les zones infectées. Éviter de les planter à proximité de légumineuses ou d'autres hôtes potentiels du virus;
- effectuer des études exhaustives pour détecter l'incidence éventuelle du PSTV sur d'autres plantes de cultures et adventices, et notamment sur les adventices pérennes. L'on contribuera ainsi à éliminer les adventices hôtes et à éviter des cultures fortement sensibles au virus.

De manière générale, l'application d'un paillis plastique sur les champs d'arachide stimule la croissance des plants et en améliore le rendement. Des essais en milieu réel effectués en Chine ont démontré que cette pratique a également pour effet de réduire l'incidence du PSTV.

### Création de plantes transgéniques par incorporation d'un gène du PSTV

Des recherches en cours visent à induire une résistance au PSTV en incorporant dans le génome de

l'arachide le gène de la capsid virale. Les plantes transgéniques ainsi créées permettraient l'obtention de cultivars capables de résister au virus.

Bien que l'on ait identifié une résistance au PSTV chez certaines espèces sauvages d'*Arachis* (Culver et al. 1987; Prasad Rao et al. 1991), aucune tentative n'a encore été faite pour transférer cette résistance à *A. hypogaea*. Cette recherche devrait constituer un objectif prioritaire.

## Conclusion

L'on a beaucoup appris sur le PSTV au cours des dix dernières années, depuis qu'il a été reconnu comme un virus distinct. Il a été entièrement caractérisé et l'on a identifié des souches spécifiques, différant par les symptômes exprimés, la sévérité de la maladie et la fréquence de transmission par les semences. Des antisérums ont été produits, et les chercheurs et agents de quarantaine de bon nombre de pays sont aujourd'hui en mesure de détecter et de diagnostiquer ce virus chez des plants et semences d'arachide infectés. Des recherches limitées sur le complexe de vecteurs ont mis en évidence le rôle d'*Aphis craccivora* dans la propagation de la maladie. La disponibilité d'outils de diagnostic performants devrait faciliter la recherche sur les vecteurs, afin de parvenir à des méthodes de lutte plus efficaces. Il n'est guère probable que l'on trouve des niveaux utiles de résistance au PSTV chez les variétés de culture. L'on s'attache donc surtout à identifier des gènes d'espèces sauvages d'*Arachis* et à faire usage des techniques du génie génétique pour produire des arachides transgéniques exprimant une résistance au virus. En cas de réussite, ces approches pourraient permettre de créer des cultivars résistants au PSTV, qui joueraient un rôle de premier plan dans les mesures futures de lutte intégrée de la maladie.

## Références

- Bijaisoradat, M., et Kuhn, C.W. 1988. Detection of two viruses in peanut seeds by complementary DNA hybridization tests. *Plant Disease* 72:1042-1046.
- Camat, M. 1985. Mode of transmission of the peanut stripe virus: a new virus disease in the Philippines. Thèse de M.S., University of the Philippines, Los Baños, Laguna, Philippines.
- Cassidy, B., Sherwood, J.L., et Nelson, R.S. 1993. Cloning of the capsid protein gene from a blotch isolate of peanut stripe virus. *Archives of Virology* 128:287-297.
- Choopanya, D. 1973. Study on peanut mottle disease. (En Thaï.) Pages 234-241 in Annual report 1973. Bangkok, Thaïlande: Ministry of Agriculture and Cooperatives, Department of Agriculture.
- Christie, R.G. 1967. Rapid staining procedures for differentiating plant virus inclusions in epidermal strips. *Virology* 31:268-271.
- Culver, J.N., Sherwood, J.L., et Melouk, H.A. 1987. Resistance to peanut stripe virus in *Arachis* germplasm. *Plant Disease* 71:1080-1082.
- Demski, J.W., et Lovell, G.R. 1985. Peanut stripe virus and the distribution of peanut seed. *Plant Disease* 69:734-738.
- Demski, J.W., et Reddy, D.V.R. 1988. Peanut stripe virus disease in the USA. Pages 10-11 in Coordination of research on peanut stripe virus: summary proceedings of the First Meeting to Coordinate Research on Peanut Stripe Virus Disease of Groundnut, 9-12 juin 1987, Malang, Indonésie. Patancheru, A.P. 502 324, Inde: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics.
- Demski, J.W., et Warwick, D. 1986. Testing peanut seeds for peanut stripe virus. *Peanut Science* 13:38-40.
- Demski, J.W., Reddy, D.V.R., Sowell, G., et Bays, D. 1984. Peanut stripe virus—a new seed-borne potyvirus from China infecting groundnut (*Arachis hypogaea*). *Annals of Applied Biology* 105:495-501.
- Domier, L.L., Shaw, J.G., et Rhoads, R.E. 1987. Potyviral proteins share amino sequence homology with picorna-, como- and caulimo-viral proteins. *Virology* 158:20-27.

- Fukumoto, F., Thongmeearkom, P., Iwaki, M., Choopanya, D., Sarindu, N., Deema, N., et Tsuchizaki, T.** 1986. Peanut chlorotic ring mottle virus occurring on peanut in Thailand. Pages 150–157 in Technical Bulletin no. 21, (Kajiware, T., et Konno, S., éds.). Tsukuba, Ibaraki, Japon: Tropical Agriculture Research Center.
- Kamer, G., et Argos, P.** 1984. Primary structural comparison of RNA-dependent polymerase from plant, animal and bacterial viruses. *Nucleic Acids Research* 12:7269–7282.
- Kittipakorn, K., McKern, N.M., Gibbs, A.J., et Shukla, D.D.** (Sous presse.) Symptom variants of peanut stripe virus have very similar virion proteins. *Journal of Phytopathology*.
- McKern, N.M., Edskes, H.K., Ward, C.W., Strike, P.M., Barnett, O.W., et Shukla, D.D.** 1991. Coat protein of potyviruses 7. Amino acid sequence of peanut stripe virus. *Archives of Virology* 119:25–35.
- McKern, N.M., Mink, G.I., Barnett, O.W., Mishra, A., Whittaker, L.A., Silbernagel, M.J., Ward, C.W., et Shukla, D.D.** 1992a. Isolates of bean common mosaic virus comprising two distinct potyviruses. *Phytopathology* 82:923–929.
- McKern, N.M., Shukla, D.D., Barnett, O.W., Vetten, H.J., Dijkstra, J., Whittaker, L.W., et Ward, C.W.** 1992b. Coat protein properties suggest that azuki bean mosaic virus, blackeye cowpea mosaic virus, peanut stripe virus and three isolates from soybean are all strains of the same potyvirus. *Intervirology* 33:121–134.
- Parks, T.D., et Dougherty, W.G.** 1991. Substrate recognition by the N1a proteinase of two potyviruses involves multiple domains-characterization using genetically engineered hybrid proteinase molecules. *Virology* 182:17–27.
- Prasada Rao, R.D.V.J., Chakrabarty, S.K., et Reddy, A.S.** 1989. Peanut stripe virus occurrence in India. *Indian Phytopathology* 42:487–491.
- Prasada Rao, R.D.V.J., Reddy, A.S., Chakrabarty, S.K., Reddy, D.V.R., Rao, V.R., et Moss, J.P.** 1991. Identification of peanut stripe virus resistance in wild *Arachis* germplasm. *Peanut Science* 18:1–2.
- Reddy, D.V.R., Wightman, J.A., Beshear, R.J., Highland, B., Black, M., Sreenivasulu, P., Dwivedi, S.L., Demski, J.W., McDonald, D., Smith Jr., J.W., et Smith, D.H.** 1991. Bud necrosis: a disease of groundnut caused by tomato spotted wilt virus. *Information Bulletin no. 31*. Patancheru, A.P. 502 324, Inde: International Crops Research Institute for the Semi-Arid tropics. 20 pages.
- Riechmann, J.L., Lain, S., et Garcia, J.A.** 1992. Highlights and prospects of potyvirus molecular biology. *Journal of General Virology* 73:1–16.
- Saleh, N., Horn, N.M., Reddy, D.V.R., et Middleton, K.J.**, 1989. Peanut stripe virus in Indonesia. *Netherlands Journal of Plant Pathology* 95:123–127.
- Shukla, D.D., Mckern, N.M., Gough, K.H., Tracy, S.L., et Letho, S.G.** 1988. Differentiation of potyviruses and their strains by high performance liquid chromatographic peptide profiling of coat proteins. *Journal of General Virology* 69:493–502.
- Sreenivasulu, P., et Demski J.W.** (Sous presse.) Isolation and separation of common peanut potyviruses. *International Journal of Tropical Plant Diseases*.
- Ting, W.P., Geh, S.L., et Lim, Y.C.** 1972. Studies on groundnut mosaic virus of *Arachis hypogaea* L. in West Malaysia. *Experimental Agriculture* 8:355–368.
- Verchot, J.-M., Koonin, E.V., et Carrington, J.C.** 1991. The 35 kDa protein from the N-terminus of the potyviral polyprotein functions as a third protease. *Virology* 185:527–535.
- Ward, C.W., et Shukla, D.D.** 1991. Taxonomy of potyviruses: current problems and some solutions. *Intervirology* 32:269–296.
- Wongkaew, S., et Dollet, M.** 1990. Comparison of peanut stripe virus isolates using symptomatology on particular hosts and serology. *Oléagineux* 45:267–278.

**Wongkaew, S., et Kantrong, S.** 1987. Detailed studies on peanut stripe and peanut yellow spot diseases. (En Thaï, Résumé en En.) Pages 223–232 *in* Proceedings of the Fifth Groundnut Research Conference, 19–21 mars 1986, Chiang Mai, Thaïlande (Patanothai, A., et Wongkaew, S., édés.). Chiang Mai, Thaïlande: University and Samuang Upland and Temperate Cereals Research Station.

**Wongkaew, S., Kantrong, S., et Choopanya, D.** 1988. Peanut stripe virus disease in Thailand. Page 8 *in* Coordination of research in peanut stripe virus: summary proceedings of the First Meeting to Coordinate Research on Peanut Stripe Virus Disease of Groundnut, 9–12 juin 1987, Malang, Indonésie. Patancheru, A.P. 502 324, Inde: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics.

**Xu, Z.Y.** 1987. A review of studies of peanut virus diseases in China. (En Ch.) Oil Crops of China 3:73–79.

**Xu, Z.Y.** 1988. Research on peanut stripe virus disease in the People's Republic of China. Pages 6–7 *in* Coordination of research in peanut stripe virus: summary proceedings of the First Meeting to Coordinate Research on Peanut Stripe Virus Disease of Groundnut, 9–12 juin 1987, Malang, Indonésie. Patancheru, A.P. 502 324, Inde: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics.

**Xu, Z.Y., Yu, Z.L., Liu, J.L., et Barnett, O.W.** 1983. A virus causing peanut mild mottle in Hubei Province, China. Plant Disease 67:1029–1032.

## Bibliographie complémentaire

Les publications ci-après ne sont pas citées dans le texte, mais seront d'une lecture utile pour approfondir le sujet.

**Adalla, C.B., et Natural, M.P.** 1988. Peanut stripe virus disease in the Philippines. Page 9 *in* Coordination of research in peanut stripe virus: summary proceedings of the First Meeting to Coordinate Research on Peanut Stripe Virus Disease of Ground

nut, 9–12 juin 1987, Malang, Indonésie. Patancheru, A.P. 502 324, Inde: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics.

**Allison, R.F., Johnston, R.E., et Dougherty, W.G.** 1986. The nucleotide sequence of the coding region of tobacco etch virus genomic RNA: evidence for the synthesis of a single polyprotein. Virology 154:9–20.

**Anderson, W.F.** 1986. Yield loss due to peanut stripe virus at Khon Kaen. Progress report submitted to the Peanut Collaborative Research Support Program. États-Unis: North Carolina State University.

**Bays, D.C., et Demski, J.W.** 1986. Bean yellow mosaic virus isolate that infects peanut (*Arachis hypogaea*). Plant Disease 70:667–669.

**Bookenthong, C.** 1987. Hybridoma technique and cell cloning in production of monoclonal antibodies for diagnosing peanut stripe disease in Thailand. (En Thaï, Résumé en En.) Thèse de M.Sc., Kasetsart University, Bangkok, Thaïlande. 115 pages.

**Cai, Zh. N., Zu, Z.Y., Wang, D., et Yu, S.L.** 1986. Studies on the detection of peanut seed-borne virus by enzyme-linked immunosorbent assay. (En Ch. Résumé en En.) Acta Phytopathologica Sinica 16:23–28.

**Demski, J.W.** 1986. Peanut stripe virus, a potential world problem. Page 91 *in* Proceedings of the Southeast Asia Peanut CRSP Workshop, 19–21 août 1986, Khon Kaen, Thaïlande. Khon Kaen, Thaïlande: Khon Kaen University.

**Demski, J.W., et Warwick, D.** 1986. Peanut stripe virus in *Arachis hypogaea* L. Proceedings of American Peanut Research and Education Society 18:77. (Résumé).

**Demski, J.W., Reddy, D.V.R., et Bays, D.C.** 1984. Peanut stripe. Pages 51–52 *in* Compendium of peanut diseases (Porter, D.M., Smith, D.H., Rodriguez-Kabana, R., édés.). St. Paul, Minnesota, États-Unis: American Phytopathological Society.

- Demski, J.W., Reddy, D.V.R., et Sowell Jr., G.** 1984. Stripe disease of groundnuts. *FAO Plant Protection Bulletin* 32:114–115.
- Demski, J.W., Reddy, D.V.R., et Sowell Jr., G.** 1984. Peanut stripe, a new virus disease of peanut. *Phytopathology* 74:627. (Résumé).
- Domier, L.L., Franklin, K.M., Shahabuddin, M., Hellmann, G.M., Overmeyer, J.H., Hiremath, S.T., Siaw, M.F., Lomonosoff, G.P., Shaw, J.G., et Rhoads, R.E.** 1986. The nucleotide sequence of tobacco vein mottling virus RNA. *Nucleic Acids Research* 14:5417–5430.
- Dubern, J., et Dollet, M.** 1980. Groundnut eye-spot virus, a new member of the potyvirus group. *Annals of Applied Biology* 96:193–200.
- Fukumoto, F., Thongmeearkom, P., Iwaki, M., Choopanya, D., et Deema, N.** 1983. Peanut mottle virus and tomato spotted wilt virus isolated from peanut in Thailand. *Annals of Phytopathological Society of Japan* 49:81. (Résumé).
- Fukumoto, F., Thongmeearkom, P., Iwaki, M., Choopanya, D., Tsuchizaki, T., Iizuka, N., Sarindu, N., Deema, N., Ong, C.A., et Saleh, N.** 1987. Peanut chlorotic ring mottle, a potyvirus occurring widely in Southeast Asian countries. *Japan Agricultural Research Quarterly* 20:215–222.
- Gunasinghe, U.B., Sherwood, J.L., Nelson, R.S., et Cassidy, B.G.** (Sous presse.) Peanut mottle or peanut stripe? *Phytopathology*.
- Hollings, M., et Brunt, A.A.** 1981. Potyvirus group. *Commonwealth Mycological Institute Descriptions of Plant Viruses* no. 245.
- International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics (ICRISAT).** 1988. Coordination of research on peanut stripe virus: summary proceedings of the First Meeting to Coordinate Research on Peanut Stripe Virus Disease of Groundnut. 9–12 juin 1987, Malang, Indonésie. Patancheru, A.P. 502 324, Inde: ICRISAT. 26 pages.
- International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics (ICRISAT).** 1989. Summary proceedings of the Second Coordinators Meeting on Peanut Stripe Virus, 1–4 août 1989, Centre ICRISAT, Inde. Patancheru, A.P. 502 324, Inde: ICRISAT. 25 pages.
- Jayaram, Ch., Hill, J.H., et Miller, W.A.** 1992. Complete nucleotide sequences of two soybean mosaic virus strains differentiated by response of soybean containing the *Rsv* resistance gene. *Journal of General Virology* 73:2067–2077.
- Jumato, H., Saleh, N., et Heryundai, P.** 1987. Identity of mottle disease of peanut in Indonesia. Presented at the First Meeting to Coordinate Research on Peanut Stripe Virus Disease of Groundnut, 9–12 juin 1987, Malang, Indonésie. Malang, Indonésie: Malang Research Institute for Food Crops.
- Kuhn, C.W., et Demski, J.W.** 1985. Comparison of ELISA and cDNA probes to detect peanut stripe virus in peanut seeds. Presented at the AAB Virology Group Meeting on Virus Detection, 10–12 avril 1985, Cambridge, Royaume-Uni.
- Lynch, R.E., Demski, J.W., Morgan, L.W., et Branch, W.D.** 1986. Peanut stripe virus: effect on growth and yield of Florunner peanuts in relation to stage of peanut development when infection was initiated. *Proceedings of American Peanut Research and Education Society* 18:43. (Résumé).
- Maiss, E., Timpe, U., Brisske, A., Jelkmann, W., Casper, R., Himmler, G., Mattanovich, D., et Katinger, H.W.D.** 1989. The complete nucleotide sequence of plum pox virus RNA. *Journal of General Virology* 70:513–524.
- Mathews, R.E.F.** 1991. *Plant Virology*. New York, Etats-Unis: Academic Press.
- Ohki, S.T., Nakatsuji, T., et Inouye, T.** 1989. Peanut stripe virus, a seedborne potyvirus isolated from peanut plant in Japan. *Annals of Phytopathological Society of Japan* 55:72–75.
- Poolpol, P.** 1979. A potyvirus causing mosaic symptom on peanut in Thailand and its possible relationship with *Rhizobium* sp. (En Thai. Résumé en En.) Thèse de M.Sc., Kasetsart University, Bangkok, Thaïlande. 98 pages.

- Poolpol, P., Sutabutra, T., et Jarupatana, T.** 1982. Peanut mottle virus causing mosaic disease in peanuts in Thailand and its possible relationship with *Rhizobium* sp. Thai Journal of Agricultural Science 15:414-424.
- Purcifull, D.E., Baker, C.A., Hiebert, E., Zettler, F.W., et Gorbet, D.W.** 1986. Use of immunodiffusion tests in surveys of peanut plantings in Florida for presence of peanut stripe virus (PStV) and peanut mottle virus (PMoV). Proceedings of American Peanut Research and Education Society 18:77. (Résumé).
- Purcifull, D.E., Christie, R.G., Hiebert, E., Ziong, Z., et Christie, S.R.** 1984. Use of cytological and immunodiffusion techniques to aid virus identification. Proceedings of American Peanut Research and Education Society 16:57. (Résumé)
- Robaglia, C., Durand-Tardif, M., Tronchet, M., Boudazin, G., Astier-Manificier, S., et Casse-Delbart, F.** 1989. Nucleotide sequence of potato virus Y (N strain) genomic RNA. Journal of General Virology 70:935-947.
- Sherwood, J.L.** 1985. Western blotting for detection of peanut mottle virus and peanut stripe virus. Proceedings of American Peanut Research and Education Society 117:52.
- Sherwood, J.L., et Melouk, H.A.** 1986. A comparison of enzyme linked immunosorbent assay (ELISA) and Western blotting for detection of peanut mottle virus and peanut stripe virus. Peanut Science 13:64-67.
- Sreenivasulu, P., Kuhn, C.W., Naidu, R.A., Demski, J.W., Reddy, D.V.R., et Nayudu, M.V.** 1991. Viruses infecting peanuts (*Arachis hypogaea*): taxonomy, identification, and disease management. Research Bulletin no. 406. Griffin, Georgia, Etats-Unis: University of Georgia. 34 pages.
- Sukorndhaman, M.** 1987. Nucleic acid hybridization, serology and host reactions to study classification and detection of peanut mottle virus. Thèse (Ph.D.), University of Georgia, Athens, Georgia, Etats-Unis. 92 pages.
- Thompson, S.S., et Demski, J.W.** 1984. New virus discovered in southeast peanuts. Southeast Farm Press 11:26.
- Vetten, H.J., Green, S.K., et Lesemann, D.E.** 1992. Characterization of peanut stripe virus isolates from soybean in Taiwan. Journal of Phytopathology 135:107-124.
- Warwick, D.** 1987. Biological and serological properties of peanut stripe virus related to virus identification, diagnosis, diseases and epidemiology. Thèse (Ph.D.), University of Georgia, Athens, Georgia, Etats-Unis. 87 pages.
- Warwick, D., et Demski, J.W.** 1986. Susceptibility and resistance of soybeans to peanut stripe virus. Phytopathology 76:1073. (Résumé).
- Warwick, D., et Demski, J.W.** 1988. Susceptibility and resistance of soybeans to peanut stripe virus. Plant Disease 72:19-21.
- Wongkaew, S.** 1985. Studies on virus diseases of groundnut. Pages 39-40 in Progress report for 1984, Groundnut Improvement Project. Khon Kaen, Thaïlande: Khon Kaen University.
- Wongkaew, S.** 1985. Compendium of groundnut diseases in Thailand. (En Thaï.) Bangkok, Thaïlande: Funny Publishing Co. 76 pages.
- Wongkaew, S.** 1987. Peanut stripe and other viruses in Thailand. Pages 86-90 in Proceedings of the Southern Asia Peanut CRSP Workshop, 19-21 août 1986, Khon Kaen, Thaïlande. Khon Kaen, Thaïlande: Khon Kaen University.
- Wongkaew, S., et Choopanya, D.** 1985. Peanut stripe disease. Groundnut Pathology Special Report (En Thaï.) Khon Kaen, Thaïlande: Khon Kaen University, and Department of Agriculture. 6 pages.
- Wongkaew, S., Kantrong, S., et Boonchitsirikul, C.** 1987. Detailed studies of peanut stripe virus. (En Thaï. Résumé en En.) Presented at the Sixth Groundnut Research Conference, 18-20 mars 1987, Prince of Songkhla University, Satool, Thaïlande.

- Xu, Z.Y.** 1985. Detection of PMV and CMV-CA in peanut seeds. (En Ch.) Oil Crops of China 1:56-58.
- Xu, Z.Y., et Zhang, Z.Y.** 1986. Effect of infection by three major peanut viruses on growth and yields of peanut. (En Ch. Résumé en En.) Scientia Agricultura Sinica 4:51-56.
- Xu, Z.Y., et Zhang, Z.Y.** 1986. Studies on control of peanut mild mottle virus disease. (En Ch.) Oil Crops of China 2:73-77.
- Xu, Z.Y., et Zhang, Z.Y.** 1986. Preliminary study on the control of peanut virus diseases in Beijing. (En Ch.) Agricultural Sciences of Beijing 6:25-29.
- Xu, Z.Y., et Zhang, Z.Y.** 1987. Test of wild species of peanut for resistance to peanut mild mottle virus. (En Ch.) Oil Crops of China 4:91-93.
- Xu, A., Chen, K., Zhang, Z., et Chen, J.** 1991. Seed transmission of peanut stripe virus in peanut. Plant Disease 75:723-726.
- Xu, Z.Y., Yu, Z.L., Liu, J.L., et Barnett, O.W.** 1983. Studies on peanut mild mottle virus. (En Ch.) Oil Crops of China 4:51-54.
- Xu, Z.Y., Zhang, Z.Y., Chen, J.X., et Deng, X.H.** 1988. Tests of soybean varieties and germplasm for resistance to peanut mild mottle virus and peanut stunt virus. (En Ch. Résumé en En.) Soybean Science 1:53-60.

1	TGT	GCA	GCA	ATG	ATT	GAA	GCA	TGG	GGC	TAT	CCT	GAA	TTG	CTC	CAG
	C	A	A	M	I	E	A	W	G	Y	P	E	L	L	Q
	GAG	ATT	AGG	AAA	TTT	TAT	TTG	TGG	CTG	CTT	GAG	AGA	GAT	GAA	CTA
	E	I	R	K	F	Y	L	W	L	L	E	R	D	E	L
91	AAA	GAA	ATA	GCA	GCT	AAT	GGA	GGA	GCT	CCG	TAC	ATA	GCA	GAA	TCA
	K	E	I	A	A	N	G	G	A	P	Y	I	A	E	S
	GCA	CTA	AAA	ACA	CTT	TAC	ACC	AAC	AAA	AGA	ACA	AGA	ATT	GAA	GAG
	A	L	K	T	L	Y	T	N	K	R	T	R	I	E	E
181	TTG	GCA	AAG	TAT	TTG	GCT	GTG	CTT	GAT	TTT	GAC	TAT	GAA	GTT	GGA
	L	A	K	Y	L	A	V	L	D	F	D	Y	E	V	G
	TGC	GGA	GAA	TCT	GTG	CAT	CTA	CAG	TCA	GGG	AGC	AGC	ACA	ACA	CAA
	C	G	E	S	V	H	L	Q	S	G	S	S	T	T	Q
271	TCA	CCA	GTG	TTG	GAT	GCT	GGC	GTG	GAT	ACT	GCC	AAG	GAC	AAG	AAA
	S	P	V	L	D	A	G	V	D	T	A	K	D	K	K
	GAG	AAG	AGC	AAC	AAA	GGA	AAA	GGT	CCT	GAA	AGC	AGT	GAA	GGG	TCA
	E	K	S	N	K	G	K	G	P	E	S	S	E	G	S
361	GGT	AAC	AAT	AGT	CGT	GGA	ACA	GAG	AAT	CAA	TCA	ATG	AGA	GAC	AAG
	G	N	N	S	R	G	T	E	N	Q	S	M	R	D	K
	GAT	GTG	AAT	GCT	GGT	TCA	AAA	GGA	AAG	ATT	GTT	CCT	CGG	CTT	CAG
	D	V	N	A	G	S	K	G	K	I	V	P	R	L	O
451	AAG	ATA	ACA	AAG	AGA	ATG	AAT	TTG	CCA	ATG	GTG	AAA	GGG	AAT	GTG
	K	I	T	K	R	M	N	I	P	M	V	K	G	N	V
	ATC	TTG	AAT	TTA	GAT	CAT	CTT	TTG	GAT	TAC	AAG	CCA	GAG	CAA	ACT
	I	L	N	L	D	H	L	L	D	Y	K	P	E	Q	T
541	GAT	CTT	TTG	AAC	ACA	AGA	GCA	ACA	AAG	ATG	CAG	TTT	GAA	ATG	TGG
	D	L	F	N	T	R	A	T	K	M	Q	F	E	M	W
	TAC	AAT	GCT	GTG	AAG	GGC	GAG	TAT	GAA	ATA	GAT	GAT	GAA	CAG	ATG
	Y	N	A	V	K	G	E	Y	E	I	D	D	E	O	M
631	TCA	ATT	GTG	ATG	AAC	GGC	TTT	ATG	GTG	TGG	TGT	ATT	GAC	AAT	GGC
	S	I	V	M	N	G	F	M	V	W	C	I	D	N	G
	ACT	TCA	CCG	GAT	GTA	AAT	GGA	ACA	TGG	GTG	ATG	ATG	GAC	GGA	GAC
	T	S	P	D	V	N	G	T	W	V	M	M	D	G	D
721	GAG	GAA	GTG	GAA	TAT	CCT	CTC	AAA	CCA	ATG	GTT	GAG	GAT	GCA	AAA
	E	Q	V	E	Y	P	L	K	P	M	V	E	D	A	K
	CCT	ACA	CTT	CGT	GAA	ATC	ATG	CAC	CAT	TTT	TCA	GAT	GCA	GCT	GAA
	P	T	L	R	Q	I	M	H	H	F	S	D	A	A	E
811	GCA	TAC	ATT	GAG	ATG	AGA	AAT	TCT	GAG	CGA	CCA	TAC	ATG	CCT	AGG
	A	Y	I	E	M	R	N	S	E	R	P	Y	M	P	R
	TAT	GGA	TTG	CTT	CCG	AAT	TTG	AGG	GAT	AAA	AAT	CTA	GCT	CGC	TAC
	Y	G	L	L	R	N	L	R	D	K	N	L	A	R	Y
901	GCT	TTG	GAG	TTG	TAT	GAA	GTG	ACT	TCT	AAG	ACA	TCA	GAT	CGT	GCA
	A	F	D	F	Y	E	V	T	S	K	T	S	D	R	A
	AGG	GAA	GCA	GTA	GCA	CAG	ATG	AAG	GCA	GCA	GCC	CTC	AGC	AAT	GTT
	R	E	A	V	A	Q	M	K	A	A	A	L	S	N	V
991	AAC	AGC	AAG	TTG	TTT	GGA	CTT	GAT	GGG	AAT	GTG	GCA	ACA	ACC	AGC
	N	S	K	L	F	G	L	D	G	N	V	A	T	T	S
	GAG	AAT	ACT	GAA	AGG	CAC	ACT	GCA	AGG	GAC	GTT	AAT	CAG	AAC	ATG
	E	N	T	E	R	H	T	A	R	D	V	N	Q	N	M
1081	CAC	ACA	CTT	CTT	GGC	ATG	GGT	TCT	GCG	GAG	TAA	A	GAT	TGGGT	CAA
	H	F	L	L	G	M	G	S	A	Q	-	-	-	-	-

# L'ICRISAT

Les régions tropicales semi-arides couvrent entièrement ou partiellement 48 pays en développement : une majeure partie de l'Inde, des régions de l'Asie du sud-est, une bande au travers de l'Afrique au sud du Sahara, la plus grande partie de l'Afrique orientale et australe, ainsi que quelques régions d'Amérique latine. La plupart de ces pays sont parmi les plus pauvres dans le monde. Pres d'un tiers de la population mondiale habite dans ces régions tropicales semi-arides qui sont caractérisées par un climat peu prévisible, une pluviosité faible et aléatoire et des sols pauvres en éléments nutritifs.

Les cultures faisant l'objet du mandat de l'Institut international de recherche sur les cultures des zones tropicales semi-arides (connu sous le sigle anglais d'ICRISAT) sont le sorgho, le mil, l'éleusine, le pois chiche, le pois d'Angole et l'arachide, cultures qui sont vitales pour la subsistance des populations sans cesse croissantes des régions tropicales semi-arides. Le mandat de l'ICRISAT est d'effectuer des travaux de recherche conduisant à une production améliorée et durable de ces cultures ainsi qu'à une meilleure gestion des ressources naturelles limitées de ces régions. L'ICRISAT communique des informations sur les technologies au fur et à mesure qu'elles sont mises au point au travers d'ateliers, de réseaux, de la formation, des services bibliothèque et de publications.

L'ICRISAT a entamé son action en 1972 et constitue l'un des 18 centres de recherche et de formation à but non-lucratif, financé au travers du Groupe consultatif de recherche agricole internationale (GCRAI). Le GCRAI est une association informelle d'environ 50 bailleurs de fonds relevant tant du secteur public que du secteur privé. Le Groupe est supporté conjointement par l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), la Banque mondiale, ainsi que le Programme des Nations Unies pour le développement.



**Programme d'appui à la recherche collaborative  
sur l'arachide (Peanut CRSP)  
Université de Georgia, Griffin, GA 30223 Etats-Unis**



**Centre de coopération internationale en recherche agronomique  
pour le développement (CIRAD)  
42, rue Scheffer, 75116 Paris, France**



**Institut international de recherche sur les cultures des zones  
tropicales semi-arides (ICRISAT)  
Patancheru, Andhra Pradesh 502 324, Inde**